



Efecto de tratamientos pregerminativos y peso de la semilla en la germinación *in vitro* de *Kroenleinia grusonii* (Cactaceae)

Effect of pregerminative treatments and seed weight on the *in vitro* germination of *Kroenleinia grusonii* (Cactaceae)

Pedro Osuna-Ávila¹, Juan Pedro Flores-Margez¹, Dolores Adilene García-González^{1,2}

Resumen:

Antecedentes y Objetivos: *Kroenleinia grusonii* es endémica de México y se encuentra en peligro de extinción. El objetivo fue comparar la influencia del peso de la semilla en sus variables morfométricas, el efecto de la interacción de los tratamientos pregerminativos y peso de la semilla en la germinación y tamaño de plántulas, así como presentar la descripción morfológica de las plántulas cultivadas *in vitro* de *K. grusonii*.

Métodos: Las semillas fueron divididas en grupos: 1) ≤ 0.5 mg, 2) 0.6-0.9 mg y 3) ≥ 1.0 mg. Se les midió la longitud, el ancho, área y grosor de la testa. Del embrión se midió la longitud y el ancho, y se calculó su área. Cinco tratamientos fueron aplicados: control, hidratación 24 horas, ácido clorhídrico, ácido sulfúrico y escarificación mecánica. El porcentaje de germinación y el tamaño de las plántulas obtenidas se registraron después de 30 días. Se realizó un análisis de correlación y regresión para el efecto del peso de la semilla en las variables morfométricas; el porcentaje de germinación se evaluó con la prueba U de Mann-Whitney y para el tamaño de las plántulas se aplicó un ANOVA con arreglo factorial. El desarrollo morfológico de las plántulas de *K. grusonii* se monitoreó durante 60 días.

Resultados clave: Las semillas pesadas (≥ 1.0 mg) presentaron la mayor longitud, con 1.85 ± 0.01 mm. En la interacción peso de la semilla y tratamiento pregerminativo, la mayor germinación ocurrió en semillas medianas (0.6-0.9 mg) con escarificación mecánica, obteniendo $66 \pm 0.47\%$ de germinación. El H_2SO_4 y semillas de ≥ 1.0 mg presentó plántulas con la mayor altura del tallo con 8.33 ± 0.46 mm.

Conclusiones: El peso de la semilla aumenta conforme aumenta su tamaño. La escarificación mecánica fue el mejor tratamiento para promover la germinación de las semillas. Con la información del tamaño y descripción morfológica de las plántulas se contribuye a la conservación *ex situ* de *K. grusonii*.

Palabras clave: escarificación mecánica, escarificación química, morfología plántulas, tamaño plántulas.

Abstract:

Background and Aims: *Kroenleinia grusonii* is endemic to Mexico and is threatened with extinction. The objective was to compare the influence of seed weight on its morphometrical variables, the effect of the interaction of pregerminative treatments and seed weight on germination and size of the seedlings, as well as present the morphological description of seedlings of *K. grusonii* cultured *in vitro*.

Methods: Seeds were divided into groups: 1) ≤ 0.5 mg, 2) 0.6-0.9 mg and 3) ≥ 1.0 mg. The length, width, area and testa thickness were measured. From the embryo, the length and width were measured, and its area was calculated. Five treatments were applied: control, hydration for 24 hours, hydrochloric acid, sulfuric acid and mechanical scarification. The germination percentage and the size of the obtained seedlings were recorded after 30 days. A correlation and regression analysis was carried out to the effect of seed weight in the size variables; germination percentage was evaluated with the Mann-Whitney U test and an ANOVA with factorial arrangement was carried out for the seedling size. The morphological development of the *K. grusonii* seedlings was monitored for 60 days.

Key results: Heavy seeds (≥ 1.0 mg) presented the greatest length with 1.85 ± 0.01 mm. In the interaction of seed weight and pregerminative treatment, the most significant germination occurred in medium seeds of 0.6-0.9 mg with mechanical scarification, obtaining $66 \pm 0.47\%$ germination. The H_2SO_4 and seeds of ≥ 1.0 mg presented seedlings with greater stem height of 8.33 ± 0.46 mm.

Conclusions: Seed weight increases as size increases. Mechanical scarification was the best treatment for promoting seed germination. Information on seedlings' size and morphological description can contribute to the *ex situ* conservation of *K. grusonii*.

Key words: chemical scarification, mechanical scarification, seedling morphology, seedling size.

¹Universidad Autónoma de Ciudad Juárez, Instituto de Ciencias Biomédicas, Av. Benjamín Franklin no. 4650, Zona Pronaf Condominio La Plata, 32310 Ciudad Juárez, Chihuahua, México.

²Autor para la correspondencia: adilene.garcia@uacj.mx

Recibido: 17 de octubre de 2024.

Revisado: 11 de noviembre de 2024.

Aceptado por Marie-Stéphanie Samain: 7 de febrero de 2025.

Publicado Primero en línea: 11 de marzo de 2025.

Publicado: Acta Botanica Mexicana 132(2025).

Citar como: Osuna-Ávila, P., J. P. Flores-Margez y D. A. García-González. 2025. Efecto de tratamientos pregerminativos y peso de la semilla en la germinación *in vitro* de *Kroenleinia grusonii* (Cactaceae). Acta Botanica Mexicana 132: e2414. DOI: <https://doi.org/10.21829/abm132.2025.2414>



Este es un artículo de acceso abierto bajo la licencia Creative Commons 4.0 Atribución-No Comercial (CC BY-NC 4.0 Internacional).

e-ISSN: 2448-7589



Introducción

La biznaga barril de oro *Kroenleinia grusonii* (Hildm.) J. Lodé (anteriormente *Echinocactus grusonii* Hildm.) es una cactácea que se encuentra enlistada en la NOM-059-SEMARNAT-2010 en peligro de extinción (SEMARNAT, 2010). La Lista Roja de la IUCN (Unión Internacional para Conservación de la Naturaleza y Recursos Naturales, por sus siglas en inglés) también la coloca como amenazada, debido a que solo se localizan dos subpoblaciones, una en Zacatecas y otra en Querétaro, México (IUCN, 2024). Algunas de las circunstancias que la han llevado a esta situación son la destrucción de su hábitat natural y su colecta ilegal para utilizarlas como fuente de alimento y ornato (Manzo-Rodríguez et al., 2022; Villavicencio-Gutiérrez et al., 2023). Es común introducir las plantas xerófitas para embellecer el paisaje urbano, por requerir baja cantidad de agua (Alanís, 2006). Con el fin de explorar la germinación de semillas de *Kroenleinia grusonii*, surge la pregunta de si los tratamientos pregerminativos podrían tener influencia en la germinación de las semillas provenientes de las áreas urbanas y así compararlas con lo reportado por otros autores que han estudiado diversos aspectos de *K. grusonii* en su ambiente natural.

La germinación *in vitro* es una alternativa viable para la propagación de especies vulnerables, cuando en condiciones naturales las plantas presentan crecimiento lento, bajos porcentajes de germinación (Almeida et al., 2021) o algún tipo de latencia (Rojas-Aréchiga y García-Morales, 2022). Esto es posible ya que permite controlar diversos factores abióticos como la intensidad de luz, temperatura, humedad, entre otros, facilitando la propagación de plantas (Dávila-Sandoval y Galván-Hernández, 2024). Asimismo, la propagación por semilla permite mantener mejores características genéticas en las plantas regeneradas (Rodríguez-Ruiz et al., 2018).

Una de las formas de promover la germinación de las semillas es aplicando diferentes tratamientos pregerminativos como la escarificación química, que ha sido utilizada en numerosas especies de cactáceas (Barrios et al., 2020). Este tipo de escarificación simula el paso de las semillas por el tracto digestivo de herbívoros (Sánchez-Villallegas y Rascón-Chu, 2017). Por otro lado, la escarificación

mecánica consiste en remover o desgastar la testa para permitir el paso de agua en semillas con testa impermeable y además que el embrión se expanda con facilidad (Robles-Martínez et al., 2016). De esta manera el embrión tiene mayor acceso a la humedad, oxígeno y temperatura promoviendo la germinación (Rodríguez et al., 2019).

De acuerdo con la literatura consultada, se encontraron tres reportes relacionados con la germinación de *K. grusonii*. En 1994, De la Rosa-Ibarra y García, realizaron escarificación química a las semillas y las colocaron en papel húmedo para promover 68% de germinación. Posteriormente, Manzo-Rodríguez et al. (2022) sembraron semillas en medio de cultivo MS (Murashige y Skoog, 1962) y lograron 20% de germinación. Recientemente, Villavicencio-Gutiérrez et al. (2023) observaron que las semillas de *K. grusonii* muestran latencia, ya que presentaron 32.5% de germinación, y recomendaron romperla con tratamientos físicos o químicos. Los tratamientos pregerminativos pueden tener un efecto significativo en la germinación y el peso de las semillas, y podrían incidir en la forma de su dispersión que impactaría en el tamaño de sus plántulas (Sosa-Pivatto et al., 2014).

Por tales motivos, la presente investigación tuvo como objetivo comparar la influencia del peso de la semilla en sus variables morfométricas; el efecto de la interacción de los tratamientos pregerminativos y peso de la semilla en la germinación y tamaño de plántulas, así como presentar la descripción morfológica de las plántulas cultivadas *in vitro* de *K. grusonii*.

Materiales y Métodos

Variables morfológicas de las semillas

En septiembre 2022 se obtuvieron aproximadamente 300 semillas de cada uno de los 10 frutos maduros obtenidos de dos individuos (30 cm de diámetro y 22 cm de altura) de *K. grusonii* (Fig. 1). Estas plantas crecen decorando los jardines urbanos de un centro comercial de El Paso, Texas, Estados Unidos de América (31°46'08"N, 106°22'09"O). Según Gold et al. (2004), 500-1000 semillas es un número adecuado de colecta para estudios de germinación.

Las semillas se extrajeron de los frutos colectados y se almacenaron aleatoriamente en frascos de vidrio a



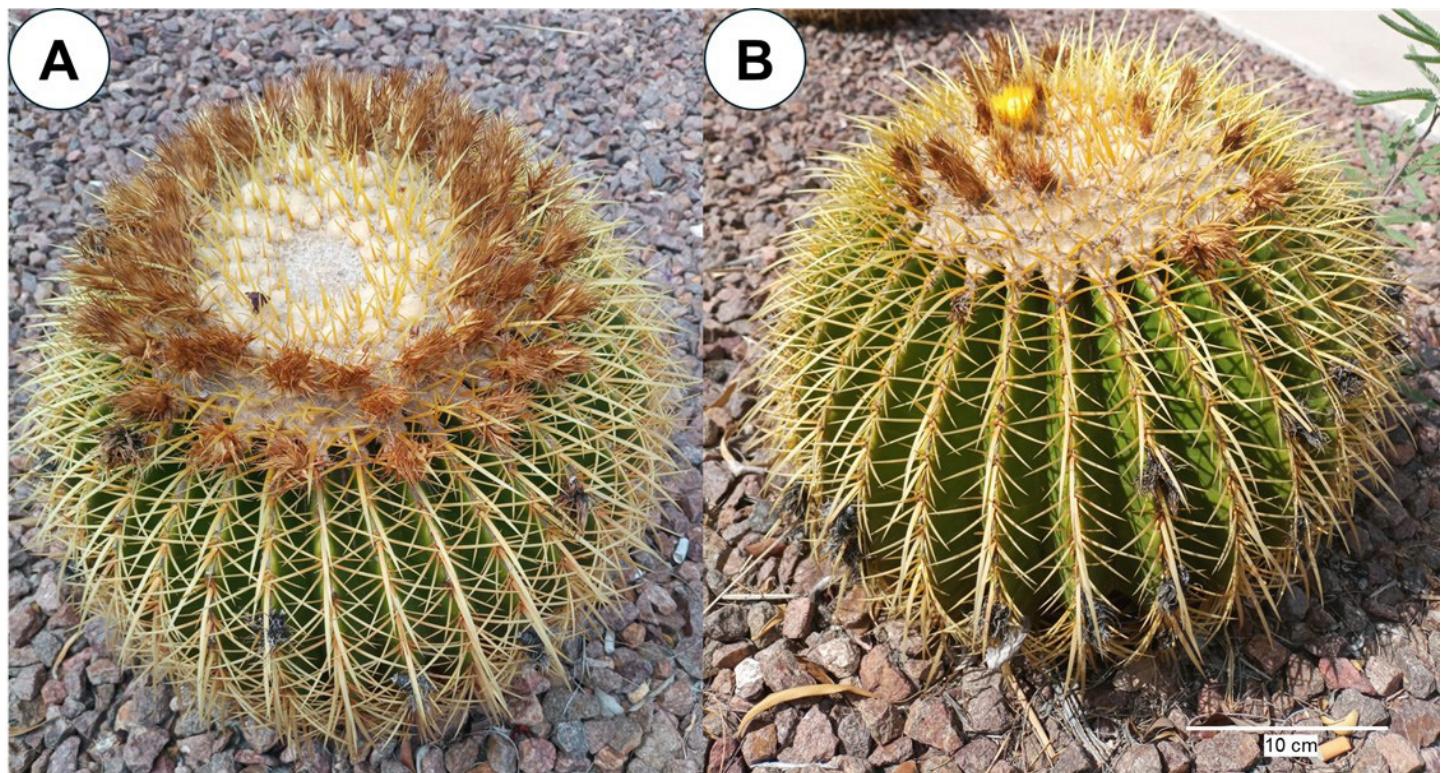


Figura 1: Plantas adultas de *Kroenleinia grusonii* (Hildm.) J. Lodé. A. planta 1; B. planta 2. Fotografía: Pedro Osuna Ávila.

temperatura ambiente y oscuridad durante 14 meses. Los experimentos se realizaron en el Laboratorio de Cultivo de Tejidos Vegetales, ubicado en el Instituto de Ciencias Biomédicas en la Universidad Autónoma de Ciudad Juárez, en Ciudad Juárez, Chihuahua, México.

Para agrupar las semillas, se pesaron 780 semillas una por una en una balanza analítica (Sartorius BP61S® peso máximo 61 g, Goettingen, Alemania). Con esto se obtuvo un intervalo del peso de las semillas, donde el peso mínimo fue 0.2 mg y el máximo 1.3 mg. A partir de estos datos, se formaron tres grupos de semillas según su peso, colocando 260 semillas en cada grupo. En el grupo uno (pequeñas) se situaron las semillas ≤ 0.5 mg, en el dos (medianas) las semillas 0.6-0.9 mg, y en el tres (grandes) las que pesaban ≥ 1.0 mg.

Para realizar las medidas morfométricas, se seleccionaron aleatoriamente 50 semillas de cada grupo de peso. Las semillas se observaron a través de un microscopio estereoscópico (SMZ 800, Nikon®, Nikon Corporation, Konan Minato-Ku, Tokio, Japón), con cámara digital

(Digital Sight DS-Fi2, Nikon®, Nikon Corporation, Konan Minato-Ku, Tokio, Japón), acoplado al programa computacional NIS-elements (BR, v. 4.30.02, Nikon Corporation, Konan Minato-Ku, Tokio, Japón), con el cual se realizaron y procesaron sus mediciones.

Se midió el ancho (mm) de manera transversal en su límite medio-inferior en la parte más amplia; el largo, según la longitud (mm) de la parte apical-basal y el área (mm^2) brindada por el mismo programa (Fig. 2A). Para las mediciones internas de las semillas, se seleccionaron aleatoriamente 10 de cada grupo de peso y se fijaron a un portaobjetos con pegamento instantáneo (Kola Loka®). Despues se desgastaron con una lija de agua número 2000 (Fandeli®) hasta que fuera visible el embrión (Cano-Vázquez et al., 2015).

Para medir el largo, ancho del embrión (mm) y grosor de la testa (mm), se usó el programa computacional NIS-elements (BR, v. 4.30.02, Nikon®, SMZ 800, Nikon Corporation, Konan Minato-Ku, Tokio, Japón). El área del embrión dentro de la semilla (mm^2) se obtuvo al multiplicar

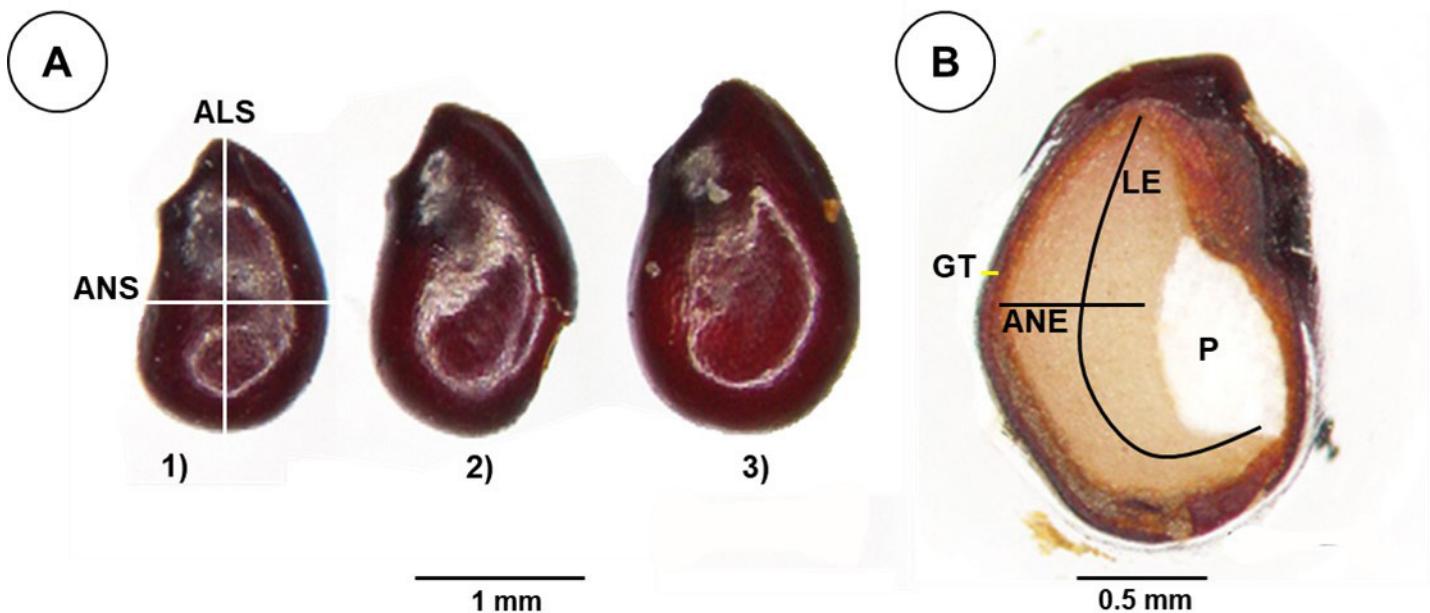


Figura 2: Variables morfológicas de las semillas de *Kroenleinia grusonii* (Hildm.) J. Lodé. A. semillas de los tres grupos de peso 1) pequeñas, 2) medianas, 3) grandes (2x); ANS=ancho de la semilla, ALS=altura de la semilla; B. semilla escarificada con lija (3x); ANE=ancho del embrión, LE=longitud del embrión, GT=grosor de la testa, P=perispermo. Fotografías: Dolores Adilene García González.

la longitud por el ancho del embrión (Fig. 2B). Las semillas se observaron en un microscopio estereoscópico (SMZ 800, Nikon®, Nikon Corporation, Konan Minato-Ku, Tokio, Japón), con cámara digital (Digital Sight DS-Fi2, Nikon®, Nikon Corporation, Konan Minato-Ku, Tokio, Japón). Estas semillas no fueron utilizadas para los experimentos de germinación. Para calcular el porcentaje que el embrión ocupa dentro de la semilla con respecto al área de las semillas, se dividió el área del embrión entre el área de la semilla y se multiplicó por 100.

Interacción de los tratamientos pregerminativos y peso de la semilla

Se aplicaron cinco tratamientos pregerminativos a las semillas de los tres grupos de peso que consistieron en lo siguiente:

1. Tratamiento control: se utilizaron semillas intactas y asépticas.
2. Tratamiento de hidratación: las semillas asépticas se sumergieron durante 24 horas en agua destilada estéril.
3. Ensayo de escarificación química: las semillas se sumergieron en ácido clorhídrico (HCl) al 30% durante

cinco minutos, seguido de un enjuague con agua destilada para remover el exceso de HCl.

4. Tratamiento con ácido sulfúrico (H₂SO₄) al 25%: las semillas se sumergieron durante cinco minutos y posteriormente se enjuagaron con abundante agua destilada.
5. Escarificación mecánica: las semillas asépticas se remojaron por 24 horas en agua destilada estéril; posteriormente, con pinzas y bisturí, 50% de la testa fue removida. Las semillas fueron observadas en un microscopio estereoscópico (BE-S5, Velab®, Ciudad de México, México) en condiciones estériles para facilitar el procedimiento de remoción de la testa sin causar daño al embrión.

A los tres grupos de peso de las semillas se les aplicaron los cinco tratamientos pregerminativos. Para cada grupo de peso y tratamiento se utilizaron 50 semillas (150 semillas por tratamiento), dando un total 750. La unidad experimental fueron frascos Gerber®, en los cuales se colocaron diez semillas con cinco repeticiones para cada grupo de peso por tratamiento.

A todas las semillas se les realizó el mismo procedimiento de asepsia. Este consistió en lavarlas con agua y jabón líquido (Axion®) durante cinco minutos en agitación con un agitador para microplaca (Isotemp®, Fisher Scientific, Pittsburgh, Pennsylvania, EUA) y se enjuagaron con abundante agua de la llave. Posteriormente las semillas se colocaron en una solución de hipoclorito de sodio (Cloralex® 4-6%) al 50% durante 20 minutos y fueron enjuagadas tres veces con agua destilada estéril en una campana de flujo laminar tipo vertical doble (Isaac Lab®, Zapopan, Jalisco, México).

Una vez que las semillas estuvieron asépticas se colocaron en los frascos Gerber® contenido 20-25 ml de medio de cultivo MS al 25% de la concentración de macro y micronutrientes, adicionado con 30 g l⁻¹ de azúcar morena como fuente de carbono. El pH del medio de cultivo se ajustó a 5.7±0.1 y se solidificó con 7 g l⁻¹ de agar (tipo I para micropagación, Caisson Laboratories®). El medio de cultivo se esterilizó en autoclave horizontal de vapor (TE-A22, Terlab®, Tepic, Nayarit, México) por 30 minutos a 121 °C.

Los frascos con las semillas se incubaron para su germinación en una cámara bioclimática de cultivo de tejidos vegetales (ubicada en el edificio V del Instituto de Ciencias Biomédicas, Universidad Autónoma de Ciudad Juárez, Ciudad Juárez, Chihuahua, México), con fotoperiodo de 16 horas luz y 8 horas de oscuridad (con intensidad lumínica 111 μmol m⁻² s⁻² y temperatura de 25±1 °C).

La germinación de las semillas fue monitoreada cada 48 horas durante 30 días. Se consideró como semilla germinada a aquella en la que era visible la emergencia de la radícula a través de la testa. Al concluir el tiempo de germinación se evaluó el efecto que tienen los tratamientos pregerminativos y el peso de la semilla en el tamaño de las plántulas obtenidas. Para determinar el tamaño, se les midió la altura del tallo (mm), diámetro del tallo (mm) y longitud de la raíz (mm). Las mediciones se realizaron con un vernier digital (Truper®, Caldi-6mp, Estado de México, México).

Morfología de plántulas

La descripción morfológica de la etapa juvenil de *K. grusonii* se realizó a partir de las plántulas obtenidas del tratamiento de escarificación mecánica, debido a que su

germinación inició a partir del tercer día de cultivo. Las plántulas de este tratamiento fueron monitoreadas durante 60 días de crecimiento, manteniendo las condiciones asépticas.

Las plántulas fueron observadas a través de un microscopio estereoscópico (SMZ 800, Nikon®, Nikon Corporation, Konan Minato-Ku, Tokio, Japón), conectado a una cámara digital (Digital Sight DS-Fi2, Nikon®, Nikon Corporation, Konan Minato-Ku, Tokio, Japón) y las imágenes obtenidas fueron procesadas con el programa NIS-elements (BR, v. 4.30.02. Nikon®, Nikon Corporation, Konan Minato-Ku, Tokio, Japón), para así obtener con mayor precisión las imágenes digitales de las diferentes estructuras externas de las plántulas de *K. grusonii*.

Análisis estadísticos

La normalidad de los datos se corroboró con la técnica de Kolmogorov-Smirnov para las variables morfológicas de la semilla. Se realizó la transformación de logaritmo natural (ln) al no presentar normalidad según la variable. Se ejecutó un análisis de correlación de Pearson y cuando resultó significativo se incluyó un análisis de regresión para la obtención del modelo y así expresar la magnitud de la pendiente.

Se realizaron análisis de regresión y correlación entre el peso de las semillas y las variables área de la semilla (longitud × ancho), y grosor de la testa y área del embrión (longitud × ancho). El análisis del efecto de tratamiento pregerminativo y el peso de las semillas en el desarrollo de las plántulas (altura, longitud de raíz y número de raíces) se llevó a cabo con un análisis de varianza (ANOVA) con arreglo factorial en donde el primer factor fue el peso de las semillas con tres niveles, el segundo factor fueron los tratamientos pregerminativos con cinco niveles, y comparación de medias de Tukey ($p\leq 0.05$).

El porcentaje de germinación, al tratarse de una variable binomial no paramétrica (germinó sí o no), se analizó con la prueba estadística U de Mann-Whitney para dos muestras independientes, de manera que se compararon cada una de las 15 combinaciones de tratamientos en parejas ($p\leq 0.05$). Estos análisis fueron realizados con el programa estadístico SPSS v. 24.0 (IBM, 2017).



Resultados

Variables morfológicas de las semillas

El peso de las semillas presentó una tendencia positiva y correlación lineal positiva ($p<0.05$) con la longitud de la semilla ($r=0.702$, $F=100.8$, $p<0.01$), mientras que la ecuación de regresión ($y= -2.8439+2.0488x$) mostró que el peso aumenta en 2.048 mg por cada mm de longitud. La misma tendencia lineal se detectó para el ancho de la semilla ($r=0.6458$, $F=142$, $p<0.01$), donde la ecuación obtenida ($y= -2.0174+2.2278x$) indica que el peso aumenta en 2.23 mg por cada mm de ancho.

Por ejemplo, las semillas de mayor peso presentaron 1.85 ± 0.01 mm de longitud y 1.31 ± 0.007 mm de ancho (Cuadro 1). Al hacer la correlación entre el peso y el área de la semilla se observó una mejor asociación positiva significativa con efecto logarítmico ($r=0.7714$ $F=142$, $p<0.01$). De esta manera, la ecuación de regresión ($y= -0.212+2.047 \log x$) indica que el peso de la semilla aumenta en 2.05 mg por cada mm^2 del área de la semilla, con valores máximos observados en área de $1.80\pm0.02 \text{ mm}^2$ en las semillas grandes (Cuadro 1).

La correlación entre el peso de la semilla y área del embrión (AE) fue significativa ($r=0.6022$, $p<0.01$), donde las semillas medianas y grandes presentaron promedios estadísticamente iguales ($F=7.86$, $p=0.0020$), siendo mayor en las semillas grandes con $1.77\pm0.09 \text{ mm}^2$ (Cuadro 1). La proporción que ocupa el embrión dentro de la semilla es 67.37% en las semillas pequeñas, en las semillas medianas es 81.41% y en las semillas grandes, 98.33%. Para la longitud del embrión, la correlación lineal es positiva ($r=0.7892$, $F=8.8$ $p<0.01$), donde las semillas más pesadas presentaron el mayor promedio con 2.3 ± 0.07 mm (Cuadro 1).

En cuanto al grosor de la testa y peso de la semilla, no existe correlación entre las variables ($F=0.71$, $p=0.5020$). No obstante, las semillas de peso medio fueron las que mostraron una tendencia a presentar mayor grosor con 0.05 ± 0.003 mm (Cuadro 1). En general, los resultados muestran que, a mayor peso de la semilla, mayor será su tamaño.

Interacción de los tratamientos pregerminativos y peso de la semilla

En la interacción de tratamiento pregerminativo y peso de la semilla se encontraron diferencias estadísticamente significativas ($p\leq0.05$). La escarificación mecánica fue el tratamiento que mostró los mejores resultados obteniendo en las semillas medianas $66\pm0.47\%$ de germinación, seguido de las semillas pequeñas y grandes con $50\pm0.5\%$ de germinación en ambas (Cuadro 2).

Aunado a eso es importante señalar que las semillas de este tratamiento iniciaron el proceso de germinación más pronto, es decir, a partir del cuarto día de incubación *in vitro* en los tres grupos de peso de semillas. Estos resultados superaron a los obtenidos con el tratamiento control, que, con semillas medianas, obtuvo $38\pm0.49\%$ de germinación (Cuadro 2), casi la mitad del tratamiento de escarificación mecánica, y las semillas empezaron a germinar hasta el día 12.

Los resultados obtenidos en *K. grusonii* muestran que las semillas medianas fueron las que presentaron una mejor respuesta de germinación. El porcentaje de germinación más bajo se observó en el tratamiento de HCl en semillas grandes con solo $6\pm0.23\%$ y germinaron hasta el día 14 (Cuadro 2).

Cuadro 1: Variables morfológicas de semillas de *Kroenleinia grusonii* (Hildm.) J. Lodé, por grupo de peso. LS=longitud de la semilla, ANS=ancho de la semilla, AS=área de la semilla, AE=área del embrión, LE=longitud del embrión y GT=grosor de la testa. n=50 semillas. Medias ± el error estándar. Letras diferentes significan diferencias significativas ($p\leq0.05$).

Peso	LS (mm)	ANS (mm)	AS (mm^2)	AE (mm^2)	LE (mm)	GT (mm)
≤0.5 mg (pequeñas)	1.65 ± 0.01 b	1.59 ± 0.009 b	1.41 ± 0.01 b	0.95 ± 0.04 b	1.82 ± 0.05 b	0.03 ± 0.002 a
0.6-0.9 mg (medianas)	1.71 ± 0.00 b	1.22 ± 0.01 b	1.56 ± 0.02 b	1.27 ± 0.23 a	2.28 ± 0.12 a	0.05 ± 0.003 a
≥1.0 mg (grandes)	1.85 ± 0.01 a	1.31 ± 0.007 a	1.80 ± 0.02 a	1.77 ± 0.09 a	2.3 ± 0.07 a	0.04 ± 0.003 a



Cuadro 2: Porcentaje de germinación de semillas de *Kroenleinia grusonii* (Hildm.) J. Lodé, a los 30 días de cultivo *in vitro* en la interacción grupo de peso y tratamiento pregerminativo. *Grupo 1: ≤0.5 mg (pequeñas), 2: 0.6-0.9 mg (medianas), 3: ≥1.0 mg (grandes). n=50 semillas. Prueba estadística U de Mann-Whitney. Medias ± el error estándar. Letras diferentes representan diferencias significativas ($p\leq 0.05$). Esc. Mec.=Escarificación mecánica.

*Grupo de peso	Tratamiento	% de germinación
1	Control	34±0.47 bcd
2	Control	38±0.49 bc
3	Control	10±0.30 fg
1	Hidratación	20±0.48 def
2	Hidratación	36±0.48 bcd
3	Hidratación	12±0.33 fg
1	HCl	22±0.41 cdef
2	HCl	30±0.49 bcde
3	HCl	06±0.23 g
1	H_2SO_4	42±0.49 bcdef
2	$\text{H}_2\text{S}_o\text{4}$	14±0.35 efg
3	H_2SO_4	24±0.43 bcdef
1	Esc. Mec.	50±0.5 ab
2	Esc. Mec.	66±0.47 a
3	Esc. Mec.	50±0.5 ab

El tamaño de las plántulas se vio afectado por los tratamientos pregerminativos aplicados y el peso de las semillas. En el **Cuadro 3**, se muestran las mediciones que se realizaron a las plántulas después de 30 días de cultivo *in vitro*. El tratamiento de H_2SO_4 en semillas grandes promovió las plántulas con mayor tamaño del tallo con 8.33 ± 0.46 mm de altura ($F=8.65$, $p=<0.0001$) y 3.8 ± 0.17 mm de diámetro ($F=4.01$, $p=0.0002$). Mientras que las raíces de mayor longitud las promovió el tratamiento de escarificación mecánica ($F=3.6$, $p=0.0006$) en semillas grandes con 11.80 ± 1.52 mm.

En cuanto al mayor número de raíces secundarias, el tratamiento control promovió 2.76 ± 0.66 raíces por plántula (**Cuadro 3**). Las plántulas de menor tamaño se obtuvieron a partir de semillas grandes tratadas con HCl, donde la altura del tallo fue 3.54 ± 0.98 mm, el diámetro 1.54 ± 0.13 mm y la longitud de la raíz fue 0.40 ± 0.32 mm, sin la formación de raíces secundarias. Estas variables fueron inferiores a las semillas grandes del tratamiento control, donde la altura del tallo fue 5.08 ± 0.67 mm, diámetro 2.56 ± 0.42 mm y longitud de raíz 3.61 ± 0.40 mm (**Cuadro 3**).

Morfología de plántulas

Se registraron cambios morfológicos desde el inicio de la germinación de una semilla con escarificación mecánica, hasta una plántula de 60 días de cultivo *in vitro*. En el día uno la semilla con escarificación mecánica muestra el embrión (E) (**Fig. 3A**), a la cual se le removió aproximadamente 50% de la testa (T). A los siete días la radícula (Ra) de color blanco es curveada, el hipocótilo (Hc) es suculento de color amarillo pálido y los cotiledones aún se encuentran cubiertos por una porción de la testa (T) (**Fig. 3B**).

Después de 15 días de cultivo, la radícula (Ra) mide 10.2 mm de longitud, empezando a desarrollar raíces secundarias (Rs) en la base del hipocótilo (Hc) el cual presenta una coloración café. El tallo de la plántula mide 7.4 mm de altura y tiene una coloración verde con puntos de color blanco en la superficie, el hipocótilo (Hc) es elongado y los cotiledones (Co) con forma cónica son paralelos y un poco separados entre sí, turgentes y puntiagudos del ápice (**Fig. 3C**).

A los 21 días, la raíz (Ra) ya muestra raíces secundarias (Rs), los cotiledones (Co) han reducido su tamaño, así



Cuadro 3: Mediciones de alto y diámetro del tallo, longitud de raíz y número de raíces secundarias en plántulas de *Kroenleinia grusonii* (Hildm.) J. Lodé, de 30 días de cultivo *in vitro*. *Grupo 1: ≤0.5 mg (pequeñas), 2: 0.6-0.9 mg (medianas), 3: ≥1.0 mg (grandes). Medias ± el error estándar. Letras diferentes representan diferencias significativas ($p \leq 0.05$). Esc. Mec.=Escarificación mecánica.

*Grupo de peso	Tratamiento	Altura del tallo (mm)	Diámetro del tallo (mm)	Longitud Raíz (mm)	No. raíces secundarias
1	Control	5.21±0.39cde	2.27 0.13±de	4.36±0.65abc	2.76±0.66a
2	Control	4.96±0.26cde	2.36±0.13 cde	4.48±0.82abc	1.89±0.53ab
3	Control	5.08±0.67cde	2.56±0.42bcde	3.61±0.40bc	0.2±0.20ab
1	Hidratación	5.45±0.38bcd	2.58±0.21bcde	3.97±1.20abc	0.83±0.63ab
2	Hidratación	5.97±0.29bcd	2.82±0.20abcd	7.19±1.22abc	0.64±0.45ab
3	Hidratación	6.09±0.29bcd	2.68±0.36abcd	3.21±1.18abc	0.33±3.33ab
1	HCl	5.64±0.34 bcd	2.41±0.24bcde	4.40±0.76abc	1.91±0.58ab
2	HCl	5.71±0.35bcd	2.41±0.18bcde	6.80±1.32abc	1.47±0.43ab
3	HCl	3.54±0.98e	1.54±0.13e	0.40±0.32c	0.00±0.00b
1	H_2SO_4	7.39±0.31ab	3.45±0.26ab	09.58±0.76ab	2.1±0.32ab
2	H_2SO_4	4.23±0.30de	2.23±0.08de	3.11±0.94bc	0.33±0.24ab
3	H_2S_0	8.33±0.46a	3.8±0.17a	10.86±1.78ab	2.33±0.44ab
1	Esc. Mec.	6.04±0.28 bcd	3.28±0.08abcd	7.48±1.52abc	1.96±0.36 ab
2	Esc. Mec.	6.62±0.2 abc	3.39±0.12 abc	8.01±1.11abc	1.7±0.32 ab
3	Esc. Mec.	6.2±0.2 bc	3.43±1.15 abc	11.80±1.52 a	0.83±0.19 ab

como su turgencia debido a la emergencia del epicótilo (Ec) con las primeras areolas (A) con espinas (Es) (Fig. 3D). A los 30 días, la raíz (Ra) alcanza una longitud de 12.4 mm con aproximadamente seis raíces secundarias (Rs); aún mantiene los cotiledones (Co) y se aprecia el alargamiento del epicótilo (Ec) con nueve tubérculos (Tb), una areola (A) en cada uno y de ocho a diez espinas (Es) rectas, transparentes y puntiagudas por areola; la plántula presenta una forma cilíndrica y el tallo mide 7.91 mm de altura (Fig. 3E).

A los 45 días de crecimiento, la raíz primaria (Ra) mide 17.6 mm de longitud y presenta aproximadamente siete raíces secundarias (Rs); los cotiledones (Co) todavía se conservan en la plántula; el epicótilo (Ec) se ha redondeado y presenta 11 areolas (A) con ocho a diez espinas (Es) cada una; el tallo mide 8.64 mm de altura y 4.86 mm de diámetro (Fig. 3F).

A los 60 días la raíz (Ra) mide 18.65 mm de longitud y mantiene el mismo número de raíces secundarias (Rs); la plántula presenta los cotiledones (Co) marchitos, pero aún son visibles; el número de areolas aumenta a 13 y de ocho a diez espinas cada una; el eje epicótilo-hipocótilo tiene 9.28 mm de longitud con 5.06 mm de diámetro (Fig. 3G).

Discusión

Variables morfológicas de las semillas

Las semillas de cactáceas pueden presentar una amplia variación en la forma y tamaño. Específicamente el tamaño puede ser de gran importancia, ya que influye en diversos procesos como la germinación y desarrollo de las plántulas (Sosa-Pivatto et al., 2014). De igual manera, cuando existe variación en el tamaño de las semillas dentro de una misma especie, se puede asegurar una mayor permanencia de sus poblaciones en los ecosistemas (Ayala-Cordero et al., 2004).

Rojas-Aréchiga et al. (2013) realizaron una clasificación de las semillas según su longitud y consideraron a las semillas de *K. grusonii* como medianas, mientras que las de *Echinocactus texensis* (Hopffer) Britton & Rose como grandes, con 2.598 ± 0.266 mm de longitud, y pequeñas a las de *Mammillaria albilanata* Backeb., con 1.32 ± 0.128 mm de longitud. Otras especies presentan semillas muy pequeñas con una longitud promedio de 0.48 ± 0.01 mm en *Strombocactus corregidoreae* S. Arias & E. Sanchez (Camarcho-Velázquez et al., 2018).

Las semillas de tamaño grande de *K. grusonii* fueron las que presentaron mayor área; sin embargo, existen



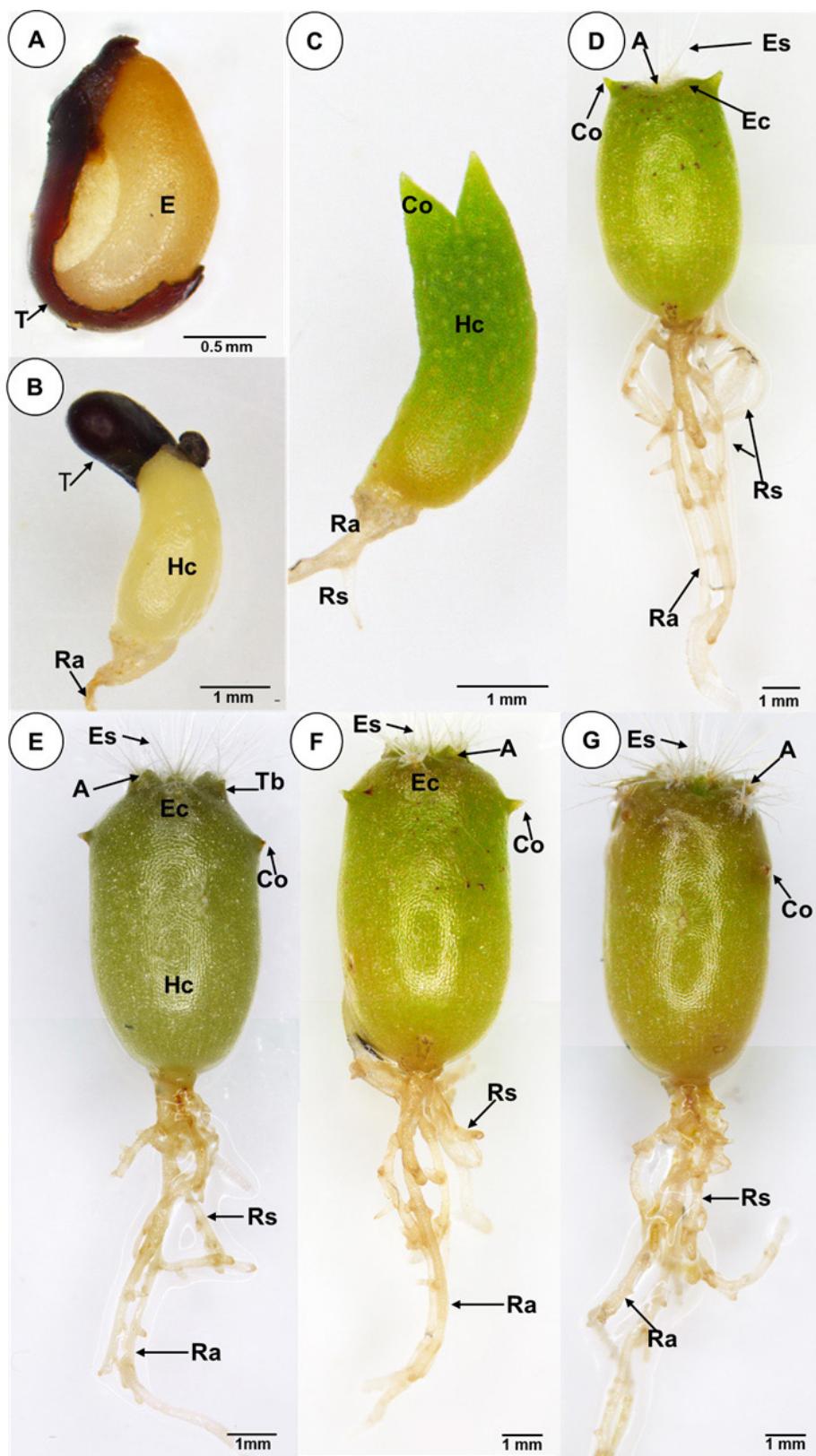


Figura 3: Morfología de las plántulas de *Kroenleinia grusonii* (Hildm.) J. Lodé. A. semilla escarificada día uno (3x) (E=embrión, T=testa); B. plántula de siete días (1x) (Hc=hipocótilo, T=testa, Ra=radícula); C. plántula de 15 días (1x) (Co=cotiledón, Hc=hipocótilo, Ra=radícula, Rs=raíz secundaria); D. plántula de 21 días (1x) (A=areola, Ec= epicótido, Co=cotiledón, Es=espina, Ra=radícula, Rs=raíz secundaria); E. plántula de 30 días (1x) (A=areola, Tb=tubérculo, Ec=epicótido, Co=cotiledón, Hc=hipocótilo, Rs=raíz secundaria, Ra=radícula); F. plántula de 45 días (1x) (Co=cotiledón, A=areola, Ec=epicótido, Es=espina, Ra=radícula, Rs=raíz secundaria); G. planta de 60 días (1x) (Co=cotiledón, A=areola, Es=espina, Ra=radícula, Rs=raíz secundaria). Fotografías: Dolores Adilene García González.



especies con semillas más grandes como *Neobuxbaumia scoparia* (Poselg.) Backeb., con 2.81 mm^2 o más grandes en *Neobuxbaumia laui* (P.V. Heath) D.R. Hunt, con $9.0 \pm 0.02 \text{ mm}^2$ (Arroyo-Cosultchi et al., 2007).

No obstante, en especies de *Opuntia* (L.) Mill. se ha reportado un área hasta diez veces mayor que en *K. grusonii*. Unos ejemplos son *Opuntia polyacantha* Haw., con $19.69 \pm \text{mm}^2$ (Núñez-Gastelum et al., 2018), *Cylindropuntia imbricata* F. M. Knuth in Backeb. & F. M. Knuth, con $14.1 \pm 1.3 \text{ mm}^2$ y *Cylindropuntia spinosior* (Engelm) F. M. Knuth, con $13.4 \pm 1.5 \text{ mm}^2$. Estas diferencias podrían atribuirse a la morfología de las semillas (Reyes-Corral et al., 2022).

Respecto al área del embrión, se han reportado especies que presentan embriones con área hasta tres veces mayor que *K. grusonii* como *Opuntia ficus-indica* (L.) Mill., con 6.941 mm^2 y *Opuntia rastrera* F.A.C. Weber, con 5.946 mm^2 (González-Cortés et al., 2019). El área de la semilla se relaciona con el tamaño del embrión y a su vez con el porcentaje de germinación, debido a que se pueden obtener porcentajes de germinación mayores en semillas con embriones grandes.

Un ejemplo es el huizache (*Vachellia farnesiana* (L.) Willd.), en el que el embrión ocupa 72% de la semilla y se obtuvo 100% de germinación (Rivas et al., 2005). En las semillas de *K. grusonii* se observó que el área que ocupa el embrión en relación con el área de la semilla fue superior a 90% en las semillas grandes. Sin embargo, las semillas medianas donde el embrión ocupa 81.4% del área fueron las que presentaron mejores resultados en el porcentaje de germinación.

Esos resultados podrían deberse a que las semillas grandes requieren de un mayor tiempo de imbibición y en las semillas pequeñas los embriones pueden no estar bien desarrollados (Sánchez-Salas et al., 2006). En cambio, existen otras especies que presentan embriones de menor área con relación al área de la semilla. Por ejemplo, el embrión en *Cylindropuntia spinosior* ocupa $37.43 \pm 3.56\%$ (González-Fernández et al., 2023), mientras que en el chile piquín (*Capsicum annuum* var. *glabriuscum* (Dunal) Heiser & Pickersgill) solo abarca 25% del área total de la semilla y el resto se compone por el endospermo (Cano-Vázquez et al., 2015).

El tamaño del embrión puede influir en la cantidad de reservas que las semillas tienen acumuladas en los cotiledones, reflejándose así en el crecimiento y supervivencia de las plántulas (González-Vélez et al., 2020). Un carácter que es relevante en las semillas es el tamaño del embrión y la testa, ya que puede ser de utilidad para la conservación *ex situ* de las especies (González-Cortés et al., 2019).

El grosor de la testa depende del número de capas de células que la componen y se relaciona con el proceso de absorción de agua (Domínguez-Domínguez et al., 2007). Entre los grupos de peso de las semillas de *K. grusonii* no se encontraron diferencias significativas en el grosor de la testa, presentando de 0.03 a 0.05 mm, lo cual sugiere que el tamaño de la semilla no afecta en su grosor.

Existen especies en las que, a mayor tamaño de la semilla, mayor es el grosor de la testa. Por ejemplo, *Opuntia ficus-indica* presenta 0.8 mm de grosor en la testa y sus semillas miden 4.843 mm de longitud. En cambio, las semillas pequeñas de *Opuntia microdasys* (Lehm.) Pfeiff., con 2.569 mm de longitud, presenta una testa con grosor menor de 0.3821 mm (González-Cortés et al., 2018).

Galussi et al. (2015) encontraron que, a mayor grosor de la testa en semillas de *Medicago sativa* L., desarrollaban latencia física debido a que aumentaba la permeabilidad, asociada a que las semillas presentan mayor cantidad de sustancias que repelen el agua. Con los datos obtenidos en este estudio y la literatura consultada, se considera que las semillas de *K. grusonii* presentan una testa delgada, la cual podría no afectar a su permeabilidad.

Interacción de los tratamientos pregerminativos y peso de la semilla

Los tratamientos pregerminativos o el medio de cultivo a utilizar pueden acelerar o retrasar el proceso germinativo (Mascot-Gómez et al., 2019). En este estudio, las semillas de *K. grusonii* con el tratamiento de escarificación mecánica iniciaron la germinación al cuarto día, a diferencia del tratamiento control (semillas intactas) que fue hasta el día 15. Manzo-Rodríguez et al. (2022) afirmaron que las semillas intactas de *K. grusonii* colocadas en medio MS al 50% germinaron después de 34 días y en medio MS al 100% fue a los 13 días.



Con la información obtenida se confirma que con la escarificación mecánica la germinación de las semillas de *K. grusonii* ocurre en menor tiempo. Resultados similares fueron encontrados en *Echinocactus parryi* Engelm., en la cual la escarificación mecánica incrementó el potencial germinativo promoviendo el inicio de la germinación a partir del segundo día y alcanzando 96% de germinación (García-González et al., 2022). La escarificación mecánica permite eliminar una parte de la cubierta de la semilla sin causar daño al embrión; de esta manera se facilita la absorción de agua y oxígeno favoreciendo la germinación de las semillas (Rodríguez et al., 2019), tal como sucedió en *K. grusonii*. En el caso de *Opuntia engelmannii* Salm-Dyck ex Engelm., la escarificación mecánica también logró resultados favorables con 82% de germinación (González-Cortés et al., 2018).

Al realizar escarificación mecánica en las semillas de *K. grusonii* se obtiene el porcentaje máximo de germinación (66%), a diferencia de la escarificación química con HCl o H₂SO₄, con las cuales el porcentaje de germinación fue menor. Manzo-Rodríguez et al. (2022) reportaron 40% de germinación en semillas de *K. grusonii* colectadas en un jardín botánico. Utilizaron el tratamiento de H₂SO₄ al 100% durante un minuto y sus resultados fueron similares a los obtenidos en la presente investigación en las semillas pequeñas con el tratamiento de H₂SO₄.

También en *Mammillaria mainiae* K. Brandegee, al tratar las semillas con HCl, se reduce el porcentaje de germinación al obtener 35% de germinación en comparación con el control que fue de 86.7% (Sánchez-Villegas y Rascón-Chu, 2017). En cambio, en otras especies se obtiene una mejor respuesta al aplicar escarificación química a las semillas como lo que se reporta para *Melocactus zehntneri* (Britton & Rose) Luetzelb., donde los mejores resultados se lograron al someter a las semillas bajo tratamiento con HCl por 40 minutos con 51% de germinación (Magnani y Cardoso, 2023).

Similarmente, en semillas tratadas durante 1.5 minutos con H₂SO₄, se obtiene 83% de germinación en *Mammillaria sphacelata* Mart. (Navarro et al., 2008). Por los resultados encontrados se puede inferir que las semillas de *K. grusonii* provenientes de jardines urbanos de El Paso,

Texas, arrojaron bajos porcentajes de germinación con tratamientos químicos, por lo que se sugiere que sus semillas no sean escarificadas químicamente con estas concentraciones.

Respecto al tratamiento control, los resultados de porcentaje de germenación fueron similares a los reportados por Villavicencio-Gutiérrez et al. (2023), con 32.5% de germinación en semillas *K. grusonii* colectadas en su hábitat natural. Por tales motivos, se puede asumir que las semillas de jardines urbanos pueden responder de manera similar a semillas provenientes del hábitat natural de *K. grusonii*. Por lo tanto, se descarta que las semillas de *K. grusonii* pudieran haber desarrollado pérdida de viabilidad por el tiempo de 14 meses de almacenamiento.

Rojas-Aréchiga y García-Morales (2022) reportaron un aumento de la viabilidad de las semillas de *Ferocactus peninsulae* (F.A.C. Weber) Britton & Rose, después de cuatro años de almacenamiento. Briseño-Sánchez et al. (2024) confirmaron en otro género de cactáceas que las semillas de *Lophophora diffusa* (Croizat) Bravo permanecieron viables después de cuatro años de almacenamiento.

Por otra parte, el peso de las semillas se encuentra relacionado con la reserva de nutrientes, aunque también depende de la especie, el tipo de semillas y las condiciones ambientales en la que se desarrollan (González-Vélez et al., 2020). Por lo tanto, se ha considerado que las semillas de mayor tamaño tienden a desarrollar plántulas más grandes (Martino et al., 2021).

Con los resultados observados, las plántulas que se obtuvieron de las semillas grandes (≥ 1.0 mg) fueron de mayor tamaño, especialmente las del tratamiento de H₂SO₄. En un estudio realizado por Sosa-Pivatto et al. (2014), se encontró que el peso de la semilla tiene una relación positiva con el tamaño de las plántulas. Por ejemplo, en *Gymnocalycium bruchii* (Speg.i) Hosseus, con semillas de 1.32 mg, las plántulas alcanzaron 3.64 mm de altura, a diferencia de *Gymnocalycium mostii* (Gürke) Britton & Rose, en la cual las semillas más pequeñas (0.08 mg) originaron plántulas de menor altura (1.96 mm).

La relación entre el peso de la semilla y el tamaño de la plántula puede ser variante aún en la misma especie como en *Gymnocalycium quehlianum* (F. Haage ex Quehl)



Vaupel ex Hosseus, con semillas en tres grupos de peso (0.14, 0.18 y 0.19 mg), siendo las más pesadas las que desarrollaron plántulas de mayor tamaño (2.57 mm de altura) (Martino et al., 2021), tal como lo observado en *K. grusonii*. Ortiz-Martínez et al. (2021) explicaron que las plántulas de mayor tamaño almacenan mayor cantidad de humedad y desarrollan raíces más grandes, que pueden asegurar la supervivencia en condiciones ambientales secas.

Morfología de plántulas

El estudio morfológico de las plántulas es de importancia taxonómica, ya que algunas de las estructuras de la etapa juvenil desaparecen en estado adulto (Loza-Cornejo y Terrazas, 2011). Las observaciones realizadas en las plántulas de *K. grusonii* son una fuente de información que puede contribuir a la identificación de esta especie en etapas juveniles en su hábitat natural.

Es posible detectar diferencias entre las especies de cactáceas en etapas tempranas del desarrollo. Por ejemplo, en *Trichocereus candicans* (Gillies ex Sam-Dyck) Britton & Rose, alemerger la radícula se acompaña de abundantes pelos radiculares (Cenizo et al., 2013), característica que no fue observada en la radícula de *K. grusonii*.

En las especies *Strombocactus corregidorae*, *Strombocactus disciformis* (DC.) Britton & Rose subsp. *disciformis* y *Strombocactus disciformis* subsp. *esperanzae* Glass & Arias, los cotiledones e hipocótilo se observan de color verde a partir del segundo día y las plántulas son globosas, ya que el hipocótilo es más ancho que los cotiledones y la raíz (Camacho-Velázquez et al., 2018). En cambio, en *K. grusonii* el color verde de los cotiledones se observó hasta los siete días y sus plántulas son cilíndricas, ya que los cotiledones son paralelos al hipocótilo. En *Echinocactus parryi* Engelm. se observa que a partir de los 20 días de crecimiento inicia la emergencia del epicótilo junto con las primeras areolas (García-González et al., 2022), de igual forma que en *K. grusonii*.

A pesar de que las plántulas presenten diferencias morfológicas, la mayoría de las especies de cactáceas muestran una estructura morfológica inicial general, que es una radícula pequeña, hipocótilo suculento y dos cotiledones cónicos (Cenizo et al., 2013).

Los resultados de este estudio podrían ser considerados para la conservación y aprovechamiento de *K. grusonii*, tanto en su hábitat natural como en los parques y jardines de áreas urbanas. La germinación *in vitro* bajo condiciones controladas es una opción viable para contribuir en su propagación masiva en el futuro. A partir de las plántulas obtenidas, se podría iniciar su adaptación a condiciones de invernadero o utilizarlas como fuente de explantes para iniciar protocolos de micropagación.

Conclusiones

El peso de la semilla aumenta conforme aumenta su tamaño. Los tratamientos pregerminativos demuestran que la escarificación mecánica es el mejor tratamiento para acelerar la germinación y promover casi el doble del porcentaje de germinación en comparación con el tratamiento control. De acuerdo con la literatura revisada, se puede mencionar que este estudio reporta la primera descripción de la plántula de *K. grusonii* durante los primeros 60 días de cultivo *in vitro*. Esta información podría ser utilizada para la identificación *ex situ* e *in situ* en sus etapas de plántula, así como para la conservación y protección de *K. grusonii*.

Contribución de autores

DAGG y POA se encargaron del diseño del estudio, análisis, interpretación y discusión de los resultados, así como de la redacción del manuscrito. JPFM realizó el análisis estadístico de los datos y la revisión del manuscrito.

Financiamiento

Esta investigación fue apoyada por la Universidad Autónoma de Ciudad Juárez (UACJ) y por recursos propios de los investigadores.

Agradecimientos

Al Consejo Nacional de Humanidades, Ciencias y Tecnologías (CONAHCyT) por la beca Estancias Posdoctorales por México Convocatoria 2023(1) otorgada a Dolores Adilene García González. Al Dr. Pedro Osuna Ávila y a la Universidad Autónoma de Ciudad Juárez como receptores de la estancia posdoctoral. A los revisores anónimos y a la Editora



en jefe Dra. Marie-Stéphanie Samain por su contribución al mejoramiento de este manuscrito.

Declaración de disponibilidad de datos

Todo el conjunto de datos que apoya los resultados de este estudio fue publicado en SciELO Data y puede ser accedido en <https://doi.org/10.48331/scielodata.QWSSHW>

Literatura citada

- Alanís, F. G. J. 2006. Jardines xéricos. Revista Planta 1(3): 12-13.
- Almeida, C. V. T., E. P. Amorim dos Santos y A. C. R. da Cunha. 2021. 5 medium MS at different concentrations in the initial development *in vitro* of *Melocactus conoideus* Buining & Brederoo. Scientia 6(2): 81-91.
- Arroyo-Cosultchi, G., T. Terrazas, S. Arias y L. López-Mata. 2007. Morfología de las semillas en *Neobuxbaumia* (Cactaceae). Boletín de la Sociedad Botánica de México 81: 17-25. DOI: <https://doi.org/10.17129/botsci.1762>
- Ayala-Cordero, G., T. Terrazas, L. López-Mata y C. Trejo. 2004. Variación en el tamaño y peso de la semilla y su relación con la germinación en una población de *Stenocereus beneckeii*. Interciencia 29(12): 692-697.
- Barrios, D., J. A. Sánchez, J. Flores y E. Juarado. 2020. Seed traits and germination in the Cactaceae family: a review across the Americas. Botanical Sciences 98(3): 417-440. DOI: <https://doi.org/10.17129/botsci.2501>
- Briseño-Sánchez, M. I., J. Nava-Osorio, M. Rojas-Aréchiga y M. C. Mandujano. 2024. Efecto de la edad de las semillas en la germinación y la supervivencia de plántulas de *Lophophora diffusa* (Cactaceae). Acta Botanica Mexicana 131. DOI: <https://doi.org/10.21829/abm131.2024.2146>
- Camacho-Velázquez, A., S. Arias, F. García-Campusano, E. Sánchez-Martínez y S. Vázquez-Santana. 2018. Seed development and germination of *Strombocactus* species (Cactaceae): A comparative morphological and anatomical study. Flora 242: 89-101. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.flora.2018.03.006>
- Cano-Vázquez, M., C. López-Peralta, H. A. Zavaleta-Mancera, N. Cruz-Huerta, I. Ramírez-Ramírez, A. Gardea-Bejar y V. A. González-Hernández. 2015. Variación en grados de latencia en semillas entre colectas de chile piquín (*Capsicum annuum* var. *glabriusculum*). Botanical Sciences 93(1): 175-184. DOI: <https://doi.org/10.17129/botsci.138>
- Cenizo, V. J., M. B. Mazzola, B. M. Corró-Molas y A. G. Kin. 2013. Características morfológicas y anatómicas de las plántulas de *Trichocereus candicans* (Cactaceae). Boletín de la Sociedad Argentina de Botánica 48(3-4): 443-451. DOI: <https://doi.org/10.31055/1851.2372.v48.n3-4.7546>
- Dávila-Sandoval, J. E. y D. M. Galván-Hernández. 2024. Efecto de fitohormonas sobre explantes de mamilas juveniles de *Echinocactus grusonii* Hildm para la inducción de callogénesis *in vitro*. Pádi Boletín Científico de Ciencias Básicas e Ingenierías del ICBI 11(22): 81-87. DOI: <https://doi.org/10.29057/icbi.v11i22.10985>
- De la Rosa-Ibarra, M. y H. García. 1994. Stimulation of germination of five species of Cactaceae considered in danger of extinction. Phyton 56: 147-150.
- Domínguez-Domínguez, S., A. Domínguez-López y A. González-Huerta. 2007. Cinética de imbibición e isotermas de adsorción de humedad de la semilla de jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.). Revista Mexicana de Ingeniería Química 6(3): 309-316.
- Galussi, A. A., J. A. Argüello, M. M. Cerana, M. Maximino y M. Moya. 2015. Características anatómicas y químicas del tegumento seminal de *Medicago sativa* L.(alfalfa) cv. *Baralfa* 85 y su asociación con la dormición. Phyton 84(1): 163-175.
- García-González, D. A., P. Osuna-Ávila., M. S. Santos-Díaz y J. P. Flores-Margez. 2022. Initial seed weight and scarification affect *in vitro* germination of *Echinocactus parryi* (Engelm.). Agrociencia 56(5): 1-9. DOI: <https://doi.org/10.47163/agrociencia.v56i5.2484>
- Gold, K., P. León-Lobos y M. Way. 2004. Manual de recolección de semillas de plantas silvestres para conservación a largo plazo y restauración ecológica. Instituto de Investigaciones Agropecuarias, Centro Regional de Investigación Intihuasi. La Serena, Chile. 62 pp.
- González-Cortés, A., M. H. Reyes-Valdés, V. Robledo-Torres, J. A. Villareal-Quintanilla y F. Ramírez-Godina. 2018. Pre-germination treatments in four prickly pear cactus (*Opuntia* sp.) species from Northeastern Mexico. Australian Journal of Crop Science 12(10): 1676-1684. DOI: <https://doi.org/10.21475/ajcs.18.12.10.pne1430>
- González-Cortés, A., F. Ramírez-Godina, M. H. Reyes-Valdés, V. Robledo-Torres, M. A. Pérez-Rodríguez, J. A. Villarreal-



- Quintanilla y A. López-Benítez. 2019. Morfología de semillas de siete especies del género *Opuntia* (Cactaceae) del sureste de Coahuila (México). Boletín de la Sociedad Argentina de Botánica 54(4): 493-507. DOI: <https://doi.org/10.31055/1851.2372.v54.n4.23572>
- González-Fernández, R., M. Quiñones-Martínez y J. Valero-Galván. 2023. Variaciones morfológicas en el fruto y semillas de cuatro estadios del fruto de *Cylindropuntia spinosior* (Cactaceae). Tecnociencia Chihuahua 17(3): 1-17. DOI: <https://doi.org/10.54167/tch.v17i3.1184>
- González-Vélez, G., A. R. Andrés-Hernández, G. Valdez-Eluterio, N. Álvarez-Quiroz, D. Martínez-Moreno y S. P. Rivas-Arancibia. 2020. Germinación de semillas de seis especies arbóreas maderables de una selva baja caducifolia en Puebla, México. Agrociencia 54: 227-240.
- IBM. 2017. IBM SPSS Estatistics for Windows, version 24.0. IBM Corp. Armonk, USA.
- IUCN. 2024. The International Union for Conservation of Nature. Red List of Threatened Species. <https://www.iucnredlist.org/> (consultado septiembre de 2024).
- Loza-Cornejo, S. y T. Terrazas. 2011. Morfo-anatomía de plántulas en especies de Pachycereeae: ¿hasta cuándo son plántulas? Botanical Sciences 88: 1-13. DOI: <https://doi.org/10.17129/botsci.293>
- Magnani, M. F. C y J. C. Cardoso. 2023. Light and ethephon overcoming seed dormancy in friar's crown (*Melocactus zehntneri*, Cactaceae), a Brazilian cactus. Plants 12(24): 4127. DOI: <https://doi.org/10.3390/plants12244127>
- Manzo-Rodríguez, S. M., H. González-Rosas, G. García-de los Santos, E. García-Moya, V. Espinosa-Hernández, T. Corona-Torres y A. Robledo-Paz. 2022. Viabilidad y germinación de semillas de cuatro especies amenazadas de cactáceas. Caldasia 44(2): 209-220.
- Martino, P. A., M. L. Las Peñas y D. E. Gurvich. 2021. Asociaciones entre las características reproductivas y la abundancia en *Gymnocalycium quehlianum* (Cactaceae) a lo largo de un gradiente altitudinal. Botanical Sciences 99(3): 514-524. DOI: <https://doi.org/10.17129/botsci.2762>
- Mascot-Gómez, E., J. Flores, N. E. López-Lozano y L. Yáñez-Espinosa. 2019. Seed germination of southern Chihuahuan Desert cacti: Effect of mucilage, light and phytohormones. Flora 263: 151528. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.flora.2019.151528>
- Murashige, T. y F. Skoog. 1962. A revised medium for rapid growth and bioassays with tobacco tissue cultures. Physiologia Plantarum 15(3): 473-497. DOI: <https://doi.org/10.1111/j.1399-3054.1962.tb08052.x>
- Navarro, C. M. C., O. G. Cervantes y C. J. O. Lázaro. 2008. Efecto de la escarificación de semillas en la germinación de dos especies de *Mammillaria*. Zonas Áridas 12(1): 97-105.
- Núñez-Gastelum, J. A., R. González-Fernández, A. Hernández-Herrera, O. N. Campas-Baypoli, R. Rodríguez-Ramírez, N. Lobo-Galo y J. Valero-Galván. 2018. Morphological characteristics, chemical composition and antioxidant activity of seeds by four wild *Opuntia* species from North Mexico. Journal of the Professional Association for Cactus Development 20: 23-33. DOI: <https://doi.org/10.56890/jpacd.v20i.26>
- Ortiz-Martínez, E., J. Golubov, M. C. Mandujano y G. Arroyo-Cosultchi. 2021. Factors affecting germination and establishment success on an endemic cactus of the Chihuahuan Desert. Plant Ecology 222: 953-963. DOI: <https://doi.org/10.1007/s11258-021-01153-1>
- Reyes-Corral, V. I., R. González-Fernández, M. Quiñonez-Martínez, J. Rodrigo-García, G. Iván-Garza y J. Valero Galvan. 2022. Characterization of the morphometry, germination process, phytochemicals, and antioxidant capacity of seeds of three species of the genus *Cylindropuntia* (Cactaceae) of the Chihuahua state. Journal of the Professional Association for Cactus Development 4: 251-268. DOI: <https://doi.org/10.56890/jpacd.v24i.506>
- Rivas, M. G., C. G. González, C. C. M. Valencia, C. I. Sánchez y J. Villanueva Díaz. 2005. Morfología y escarificación de las semillas de mezquite, huizache y ahuehuete. Técnica Pecuaria en México 43(3): 441-448.
- Robles-Martínez, M., A. P. Barba-de la Rosa, F. Guéraud, A. Negre-Salvayre, M. Rossignol y M. S. Santos-Díaz. 2016. Establishment of callus and cell suspensions of wild and domesticated *Opuntia* species: study on their potential as a source of metabolite production. Plant Cell, Tissue and Organ Culture 124: 181-189. DOI: <https://doi.org/10.1007/s11240-015-0886-0>
- Rodríguez, G. H. A., T. R. García y P. A. A. Feregrino. 2019. Efecto del método de escarificación sobre el porcentaje



- de germinación en semillas (*Erythrina americana* Miller). Perspectivas de la Ciencia y la Ingeniería 2(3):12-21.
- Rodríguez-Ruiz, E. R., W. A. Poot-Poot, J. A. Rangel-Lucio, O. J. González-Gaona y J. Treviño-Carreón. 2018. Germinación *in vitro* de biznaga carbuchera. Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas 9(3): 691-699.
- Rojas-Aréchiga, M., M. C. Mandujano y J. K. Golubov. 2013. Seed size and photoblastism in species belonging to tribe Cacteae (Cactaceae). Journal of Plant Research 126:373-386. DOI: <https://doi.org/10.1007/s10265-012-0526-2>
- Rojas-Aréchiga, M. y E. García-Morales. 2022. Dormancy and viability of *Ferocactus peninsulae* (Cactaceae) seeds. Plant Species Biology 37(2): 173-181. DOI: <https://doi.org/10.1111/1442-1984.12365>
- Sánchez-Salas, J., J. Flores y E. Martínez-García. 2006. Efecto del tamaño de semilla en la germinación de *Astrophytum myriostigma* Lemaire. (Cactaceae), especie amenazada de extinción. Interciencia 31(2): 371-375.
- Sánchez-Villegas, A. y A. Rascón-Chu. 2017. Efecto de la escarificación química y del ácido giberélico en la germinación de *Mammillaria mainiae*. Cactáceas y Suculentas Mexicanas 62(1): 4-12.
- SEMARNAT. 2010. NORMA Oficial Mexicana NOM-059-SEMARNAT-2010. Protección ambiental-Especies nativas de México de flora y fauna silvestres-Categorías de riesgo y especificaciones para su inclusión, exclusión o cambio-Lista de especies en riesgo. Secretaría del Medio Ambiente y Recursos Naturales. Diario Oficial de la Federación. Cd. Mx., México. http://dof.gob.mx/nota_detalle.php?codigo=5173091&fecha=30/12/2010.
- Sosa-Pivatto, M. S., G. Funes, A. E. Ferreras y D. E. Gurvich. 2014. Seed mass, germination and seedling traits for some central Argentinian cacti. Seed Science Research 24: 71-77. DOI: <https://doi.org/10.1017/S0960258513000366>
- Villavicencio-Gutiérrez, E. E., M. Quintana-Camargo, F. Sánchez-Barra, A. Cano-Pineda y J. C. Ríos-Saucedo. 2023. Calidad de semillas de dos biznagas del género *Echinocactus* Tribu Cacteae (Fam.: Cactaceae). Agrofaz – Journal of Environmental and Agroecological Sciences 5: 8-15.

